



## Prevalencia y parasitemia sanguínea de palomas turcas (*Streptopelia decaocto*) y huilotas (*Zenaida macroura*) en Durango, México

Prevalence and blood parasitemia of Eurasian Collared Dove (*Streptopelia decaocto*) and Mourning Dove (*Zenaida macroura*) in Durango, Mexico

Salazar-Borunda Manuel\*<sup>1</sup> ID, Martínez-Guerrero José<sup>1</sup> ID, Martínez-Montoya Juan<sup>2</sup> ID, Vargas-Duarte Andrea<sup>1</sup> ID, Sierra-Franco Daniel<sup>1</sup> ID, Pereda-Solís Martín\*\*<sup>1</sup> ID

<sup>1</sup>Cuerpo académico de fauna silvestre, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Juárez del Estado de Durango. Km. 11.5 Carretera Durango-Mezquital, Durango, Durango, México. CP. 34197. <sup>2</sup>Colegio de Postgraduados Campus San Luis Potosí. Salinas de Hidalgo, San Luis Potosí. México, C. P. 78620. \*Autor responsable: Salazar-Borunda Manuel. \*\*Autor de correspondencia: Pereda-Solís Martín. E-mail: borunda@ujed.mx, che\_hugo1@hotmail.com, fmontoya@colpos.mx, andrea.vargas@ujed.mx, d\_sierra@ujed.mx, mepered@ujed.mx.

### Resumen

El parasitismo sanguíneo en aves de México es un fenómeno poco estudiado y su presencia en muchas especies de aves es desconocida. En este estudio, se compararon la prevalencia y parasitemia de hemosporidios en la época reproductiva (húmeda) y no reproductiva (seca) de las palomas turcas (*Streptopelia decaocto*) y huilotas (*Zenaida macroura*) del norte de México. Se analizó la sangre de 40 aves de cada especie, colectadas entre 2013 y 2014. El diagnóstico de hemoparásitos se realizó mediante técnicas de microscopía y reacción en cadena de la polimerasa (PCR). La prevalencia de hemoparásitos fue de 87.5 % (IC 95%=78.3–93.3). La parasitemia promedio fue de 7.03 (IC 95 % = 5.68–9.04) hemoparásitos por cada 10,000 eritrocitos infectados. La prevalencia y parasitemia fueron mayores para *Haemoproteus* sp. que en *Plasmodium* sp y microfilarias. Las tasas de prevalencia no variaron entre especies de aves, ni entre épocas del año. No obstante, la estacionalidad parece ser un factor importante en la parasitemia. La especie que obtuvo mayores tasas de parasitemia fue *Z. macroura*. Se necesitan más estudios para comprender los mecanismos que asocian la parasitemia de esta especie con respecto a otras especies de columbiformes.

**Palabras clave:** *Streptopelia decaocto*, *Zenaida macroura*, variación estacional, *Haemoproteus*, *Plasmodium*.

### Abstract

Blood parasitism in Mexican birds is an impoverished-studied phenomenon, and its presence in many species of birds is unknown. In this study, the prevalence and parasitaemia of hemosporidia were compared in the breeding (wet) and non-breeding (dry) seasons in the Eurasian collared dove (*Streptopelia decaocto*) and Mourning dove (*Zenaida macroura*) in northern Mexico. The blood of 40 birds of each species collected between 2013 and 2014, was analyzed. The diagnosis of hemoparasites was made by microscopy and Polymerase Chain Reaction (PCR) techniques. The prevalence of hemoparasites was 87.5% (CI 95% = 78.3–93.3). The mean parasitaemia was 7.03 (CI 95% = 5.68–9.04) hemoparasites per 10,000 infected erythrocytes. The prevalence and parasitaemia were higher for *Haemoproteus* sp. than for *Plasmodium* sp and microfilariae. The prevalence rates did not vary between bird species, nor between times of the year. However, seasonality seems to be an important factor in parasitaemia. The species that obtained the highest rates of parasitaemia was *Z. macroura*. More studies are needed to understand the mechanisms that associate parasitaemia in this species with respect to other columbiform species.

**Keywords:** *Streptopelia decaocto*, *Zenaida macroura*, seasonal variation, *Haemoproteus*, *Plasmodium*.



## INTRODUCCIÓN

Las especies exóticas representan una amenaza para la estructura, función e integridad de los ecosistemas (Ferreira *et al.*, 2021), contribuyen a la extinción de algunas especies (Rocha *et al.*, 2021) e introducen agentes infecciosos al ambiente colonizado (Hernandez-Colina *et al.*, 2021). La paloma de collar turca (STRDEC, *Streptopelia decaocto*) es una especie invasora con amplia distribución en Norteamérica (eBird, 2021). Es un ave relativamente grande (Salazar-Borunda *et al.*, 2019), que compite por alimento y sitios de anidación con la avifauna local (El-Mansi *et al.*, 2021; Koenig, 2020) o bien, puede transmitir enfermedades al ambiente colonizado (Stilmelmayer *et al.*, 2012). En México, la paloma huilota común (ZENMAC, *Zenaida macroura*) comparte el hábitat con la *S. decaocto* (Otis *et al.*, 2020) y representa una especie modelo para estudiar los efectos de la especie exótica sobre la avifauna de México.

Aunque la introducción de enfermedades exóticas es un fenómeno complejo y son múltiples los agentes etiológicos que pueden estar involucrados (Hawkins, 2021; Martínez-Pérez *et al.*, 2021), los hemoparásitos han estado ampliamente distribuidos entre las aves (White *et al.*, 1978; Starkloff *et al.*, 2021). Este grupo de microorganismos es transmitido por insectos dípteros como mosquitos, hipoboscidos y simúlidos e incluyen los géneros *Haemoproteus*, *Plasmodium*, *Leucocytozoon*, *Falissia*, *Garnia* (Valkiūnas & Iezhova, 2018), *Trypanosoma* (Ham-Dueñas *et al.*, 2017) y microfilarias (Noden *et al.*, 2021).

Cuando infectan a las aves, los hemoparásitos pueden provocar signos clínicos agudos o crónicos. En la presentación aguda, el hospedero desarrolla una alta parasitemia asociada a fenómenos sistémicos generados por formas exoeritrocíticas e intraeritrocíticas (microgametocitos, macrogametocitos y merontes). La fase crónica en cambio, ocurre días o semanas después de la infección, cuando las aves infectadas experimentan una baja parasitemia e impactos clínicos leves que pueden durar años con recaídas estacionales (Valkiūnas & Iezhova, 2017). Aunque son comunes en las poblaciones de aves (Palinauskas *et al.*, 2011) en ocasiones son mortales (Cardona *et al.*, 2002; Yoshimoto *et al.*, 2021), especialmente cuando son introducidos (Warner, 1968).

En cuanto a su prevalencia, los hemoparásitos varían entre regiones ecológicas (Loiseau *et al.*, 2012), temporadas del año (DeBrock *et al.*, 2021) o bien, en función de la respuesta de los vectores hacia fluctuaciones climáticas (Wood *et al.*, 2007). El conocimiento de la prevalencia hemoparasitaria de una especie exótica y una nativa enriquecerá el conocimiento biológico de esa interacción ecológica. Por ello, el objetivo de este estudio fue determinar y comparar la prevalencia hemoparasitaria entre las palomas de collar turcas y huilotas en el municipio de Durango, México, durante dos épocas del año.

## MATERIAL Y MÉTODOS

El área de estudio corresponde a las localidades de “José Refugio Salcido” (23.97 N, -104.51 O), “Praxedis Guerrero Nuevo” (23.94 N; -104.56 O) y “La Purísima” (23.96 N;



-104.57 O) del municipio de Durango, México. Se extrajeron muestras de sangre (500  $\mu$ l) de STRDEC (n= 40) y ZENMAC (n= 40), durante la época reproductiva (primavera–verano, 2014) y no reproductiva (otoño–invierno, 2013) bajo el amparo del permiso de colecta científica SGPA/DGVS/12294/13.

### Colecta de sangre

De cada ave se realizaron dos frotis sanguíneos, los cuales, se secaron a temperatura ambiente (2 min) y se fijaron con metanol al 100 % (3 min). Una vez secos, se envolvieron en papel para evitar el contacto directo entre ellos, y posteriormente se tiñeron con una solución Giemsa (pH 7.0–7.2 a 18–20 °C durante 1 h; [Santiago-Alarcón & Carbó-Ramírez, 2015](#)). De la sangre colectada, se depositaron 100  $\mu$ l en un tubo Eppendorf estéril, con solución buffer (100 mM Tris HCl, pH 8.0, 100 mM EDTA, 10 mM NaCl, 0.5 % SDS; [Longmire et al., 1988](#)) para mantenerla congelada (- 20 °C) hasta su análisis molecular.

### Análisis molecular

Se determinó la presencia y ausencia de hemoparásitos a través de la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) dirigiéndose a una región de 479 pares de bases del gen citocromo b ([Hellgren et al., 2004](#)). La extracción del ADN se realizó siguiendo el protocolo de DNeasy blood & Tissue<sup>®</sup> ([Quiagen, 2021](#)). La PCR se realizó con 100 ng de AG, 10 mM de Tris-HCl (pH 8.3), 50 mM KCl, 3.0 mM de MgCl, 0.4 mM de desoxinucleótidos trifosfatados, 5  $\mu$ l de buffer Q y 0.5  $\mu$ l de Taq. La amplificación se realizó de los oligonucleótidos HaemNFI–HaemNR3 ([Hellgren et al., 2004](#)) y HaemF–HaemR2 ([Bensch et al., 2000](#)). Los productos de esa reacción se depositaron dentro de una cámara de electroforesis (25 mA, 25 min) junto a 0.01  $\mu$ g/ $\mu$ L TrackIt<sup>™</sup> y SYBR<sup>®</sup> para observarlos en una cámara fotodocumentadora de luz ultravioleta (ImageQuant LAS 4000, exposición de 6 s).

### Análisis microscópico

Para confirmar la presencia o ausencia de estructuras parasitarias, se examinaron frotis sanguíneos con los aumentos altos seco (40 x, 30 minutos) y húmedo (100 x, 30 minutos) para al menos 100 campos, mediante un microscopio óptico binocular (Carl Zeiss<sup>®</sup>, modelo Primo Star). La identificación de los parásitos, limitada a nivel de género, se realizó siguiendo los criterios de Valkiūnas y Iezhova ([2018](#)). La prevalencia de hemoparásitos se estimó mediante el cociente de aves infectadas entre el total de individuos muestreados.

Para determinar la parasitemia de hemoparásitos, se contabilizaron los elementos parasitarios observados al contar 10 000 glóbulos rojos del huésped ([Godfrey et al., 1987](#)).

### Análisis estadístico

La prevalencia, la parasitemia promedio y sus respectivos intervalos de confianza del 95%, se calcularon con el Quantitative Parasitology QPweb ([Reiczigel et al., 2020](#)). La



estimación de la prevalencia como para la parasitemia, se basó en 5 000 repeticiones de bootstrap, con el método Sterne para datos binomiales de prevalencia (Rózsa *et al.*, 2000; Ham-Dueñas *et al.*, 2017; Reiczigel *et al.*, 2019). Los índices de prevalencia y parasitemia se compararon entre géneros parasitarios (*Haemoproteus* sp. vs. *Plasmodium* sp.). La prevalencia se analizó mediante un análisis de Chi cuadrada y la parasitemia con un modelo lineal generalizado (GLM), utilizando la distribución binomial negativa.

El efecto de la época del año y la especie se evaluó mediante modelos mixtos lineales generalizados (GLMM, Paterson & Lello, 2003), utilizando la regresión logística para la prevalencia de hemosporidios y la distribución binomial negativa para la parasitemia. Estos análisis se implementaron utilizando el paquete “MASS” (Venables & Ripley, 2002) en la versión R 4.0.5 (R Core Team, 2021).

## RESULTADOS

De las 80 palomas en las que se buscaron hemoparásitos con PCR, 70 estaban infectadas (87.5 %, IC 95%=78.3–93.3). Las tasas de prevalencia oscilaron entre 80 y 100 % y el gen parasitario se amplificó en mayor proporción durante la temporada no reproductiva (Tabla 1).

**Tabla 1. Porcentaje de aves infectadas con hemoparásitos, diagnosticadas morfológicamente y a través de la amplificación del gen mitocondrial parasitario citocromo B en Durango, México**

Especie	Diagnóstico morfológico	
	Reproductiva*	No reproductiva**
ZENMAC	14 <sub>n</sub> , 70 % P, 47.5–86.0 <sub>IC</sub>	19 <sub>n</sub> , 95 % P, 75.6–99.7 <sub>IC</sub>
STRDEC	13 <sub>n</sub> , 65 % P, 42.4–83.3 <sub>IC</sub>	14 <sub>n</sub> , 70 % P, 47.5–86.0 <sub>IC</sub>
Especie	Diagnóstico molecular	
	Reproductiva*	No reproductiva**
ZENMAC	17 <sub>n</sub> , 85 % P, 62.8–95.8 <sub>IC</sub>	20 <sub>n</sub> , 100 % P, 83.3–100 <sub>IC</sub>
STRDEC	16 <sub>n</sub> , 80 % P, 57.6–92.9 <sub>IC</sub>	17 <sub>n</sub> , 85% P, 62.8–95.8 <sub>IC</sub>

ZENMAC *Zenaida macroura*, STRDEC *Streptopelia decaocto*, n Número de aves infectadas, P Prevalencia, IC intervalo de confianza al 95%, \*Primavera–Verano 2014, \*\*Otoño–Invierno 2013.

Aunque la mayoría de las infecciones se diagnosticaron por ambos métodos, el análisis microscópico reflejó prevalencias más bajas. La mayoría de las muestras positivas, tenían infecciones únicas por hemosporidios. No obstante, un ave de cada especie mostró coinfección entre *Haemoproteus* sp. y microfilarias.

La prevalencia de hemoparásitos detectada por microscopia óptica fue del 75.0 % (60 aves, IC 95 % = 64.4–83.4) e identificó en promedio 7.03 (IC 95 % = 5.68–9.04) hemoparásitos por cada 10,000 eritrocitos infectados. El porcentaje de prevalencia y la parasitemia promedio para cada especie, taxones de hemoparásitos y estación se muestran en la Tabla 2.

Las estructuras parasitarias se identificaron en diferentes estadios evolutivos. Se detectaron macro y microgametocitos para *Haemoproteus* sp., merontes para

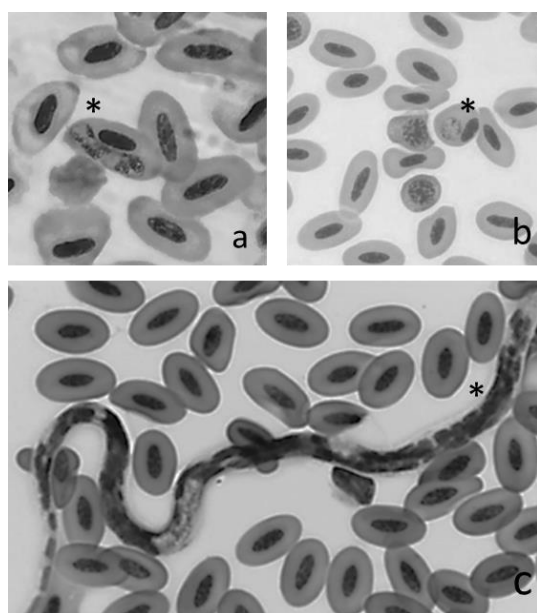


*Plasmodium* sp. y estadios larvarios de filarias (Figura 1). Las infecciones por *Haemoproteus* sp. fueron mayores que las realizadas por *Plasmodium* sp. (prevalencia:  $X^2 = 1.14$ ,  $df = 1$ ,  $P = 0.02$ , parasitemia:  $F = 508.80$ ,  $P = 0.001$ ).

**Tabla 2. Porcentajes de prevalencia de hemoparásitos y parasitemia promedio en *Streptopelia decaocto* y *Zenaida macroura* durante la época reproductiva y no reproductiva en Durango, México**

Grupo	Aves infectadas	n	Prevalencia % (IC 95%)	Parasitemia <sup>1</sup> promedio (IC 95%)
STRDEC	27	40	67.5 (51.3–80.2)	4.0 (3.1–5.2)
ZENMAC	33	40	82.5 (67.7–91.6)	9.4 (7.4–12.8)
<i>Haemoproteus</i> sp.	55	80	68.8 (57.5–78.3)	6.3 (5.0–8.17)
<i>Plasmodium</i> sp.	17	80	21.2 (13.6–31.8)	2.6 (1.9–3.4)
Microfilarias	4	80	5.0 (1.7–12.3)	3.0 (1.0–4.7)
Reproductiva*	27	40	67.5 (51.3–80.2)	5.15 (3.8–7.4)
No reproductiva**	33	40	82.5 (67.7–91.6)	8.58 (6.67–11.9)

<sup>1</sup>Número de elementos parasitarios en 10 000 glóbulos rojos cuantificados, n Total de muestras, IC intervalo de confianza al 95%, STRDEC paloma de collar turca, ZENMAC paloma huilota, \*Primavera–Verano 2014, \*\*Otoño–Invierno 2013.



**Figura 1. Fotomicrografías de frotis sanguíneos de aves columbiformes parasitadas naturalmente por hemoparásitos (\*). a. *Haemoproteus* sp., b. *Plasmodium* y c. *Microfilarias* (c); Giemsa, 100 x.**

Los modelos lineales mixtos generalizados revelaron que la parasitemia varió entre especies y épocas del año ( $F = 337.8$ ,  $P = 0.001$ ). El ajuste del GLMM que explica la parasitemia fue moderado ( $R^2 = 0.89$ ). La parasitemia fue mayor durante la temporada no reproductiva, especialmente en ZENMAC (Tabla 2). Finalmente, el efecto de la especie ( $P = 0.18$ ) y la temporada ( $P = 0.50$ ) sobre las tasas de prevalencia no fueron significativos.



## DISCUSIÓN

La hipótesis que sustentaba que las tasas de prevalencia difieren significativamente entre especies de aves y entre épocas del año no fue apoyada por los datos. Lo cual se traduce en que el fenómeno del parasitismo es común en ambas especies de aves. El valor de prevalencia que se registró es más alto que algunos valores reportados en México (Reinoso-Pérez *et al.*, 2016; Ham-Dueñas *et al.*, 2017; Villalva-Pasillas *et al.*, 2020). No obstante, estos resultados no deben sorprender debido a que la respuesta hacia el parasitismo sanguíneo depende de factores asociados a la temporalidad, inmunología o comportamiento del huésped, como lo reportado en estudios similares en aves paseriformes (Lee *et al.*, 2006; Dubiec *et al.*, 2016) y columbiformes (Schumm *et al.*, 2021).

La influencia de tales variables sobre los parásitos sanguíneos es monitoreada en estudios de largo plazo, y generalmente no reflejan diferencias significativas entre las prevalencias durante varios años (Bensch *et al.*, 2007; Dubiec *et al.*, 2016). En este sentido, aunque los patrones observados en este estudio pueden ser considerados confiables, deben ser monitoreados en la misma región a lo largo del tiempo.

Por otro lado, los resultados de este estudio sustentan la hipótesis de que la parasitemia varía entre especies y épocas. Las causas de que la cantidad de hemoparásitos fuera significativamente mayor en ZENMAC pueden estar asociadas a las diferencias en la distribución de ambas aves o a características propias de los vectores y parásitos (Reinoso-Pérez *et al.*, 2016). Fokis *et al.* (2008), reportó una menor incidencia de hemoparásitos en aves de hábitos urbanos y, aunque ambas especies llegan a compartir hábitat (Green *et al.*, 2020), las ZENMAC capturadas para este estudio se distribuyeron hacia áreas más abiertas, con cuerpos de agua adyacentes, probablemente con más vectores (Lega *et al.*, 2017; Lynton-Jenkins *et al.*, 2020) y con mayor probabilidad de contagio (Hellard *et al.*, 2016). La influencia de la estación del año (reproductiva) sobre la parasitemia pudiera ser considerada normal, al coincidir con la época de reproducción de los vectores (Inumaru *et al.*, 2021) y eventos hormonales relevantes en la solución de la parasitemia por parte del hospedero aviar (Deviche & Parris, 2006).

Aunque pueden existir diferencias regionales, *Haemoproteus* es el género hemoparasitario más común en aves, seguido por *Plasmodium* y *Leucocytozoon* (Carlson *et al.*, 2013; Heym *et al.*, 2019). Este patrón se observó en este estudio a excepción del género *Leucocytozoon*, cuya ausencia podría estar asociada a las características altitudinales y climáticas del sitio de estudio que restringen la abundancia de los mosquitos y el desarrollo del parásito en estos vectores (Borji *et al.*, 2011; Nath *et al.*, 2014). Los resultados se traducen en que el sitio de estudio cuenta con una cantidad de vectores suficiente y capaz de transmitir hemoparásitos en ambas especies de aves (Valkiūnas & Iezhova, 2018; Inumaru *et al.*, 2021).

Los trabajos que analizan la parasitemia son limitados (Huang *et al.*, 2020) y asocian este parámetro con el daño generado por el parásito al hospedero (Knowles *et al.*, 2010; Muriel, 2020). Hasta donde sabemos, no existe un estudio que examine la parasitemia sanguínea en las especies muestreadas en este estudio. Sin embargo,



las tasas de parasitemia cuantificadas fueron menores a las reportadas en columbiformes de Sudáfrica (Nebel *et al.*, 2020), Islas Canarias (Foronda *et al.*, 2004) e India (Gupta *et al.*, 2011), cuyos efectos adversos en los hospederos dependieron de factores como la inmunidad del ave o la disponibilidad de alimento (Chagas *et al.*, 2016). Así mismo, hay que considerar que en circunstancias normales, los géneros *Haemoproteus* y *Plasmodium* solo ocasionan problemas de salud cuando el hospedero cursa por eventos de estrés, inmunosupresión (Valkiūnas & lezhova, 2017) o al ser introducidos en comunidades no nativas (Yoshimoto *et al.*, 2021), por ello, se deben descartar estos fenómenos en estas especies.

En México, los estudios que reportan microfilarias en aves son escasos y su impacto en el hospedero se cree poco severo (Yanga *et al.*, 2011). Aunque fue el parásito menos observado, las prevalencias calculadas superan a las reportadas por estudios similares en México (Clark & Swinehart, 1969; Villalva-Pasillas *et al.*, 2020). Sin embargo, se debe monitorear el desarrollo futuro de los hemoparásitos y determinar los posibles efectos sobre las comunidades de columbiformes, especialmente en el escenario de cambio global, ya que el aumento de temperatura y cambios antropogénicos en el uso de la tierra, podrían brindar nuevas oportunidades para la transmisión de estos microorganismos hacia las comunidades aviares.

Cabe señalar que en este estudio utilizamos dos análisis (molecular y microscópico) para evaluar la prevalencia hemoparasitaria con la mayor precisión posible. Estos dos enfoques condujeron a discrepancias entre análisis, al determinar una prevalencia más baja en los recuentos de extendidos sanguíneos. Este evento coincide con estudios previos en columbiformes, en donde las prevalencias del análisis microscópico y molecular fueron diferentes (Dunn *et al.*, 2017; Tavassoli *et al.*, 2018). Las aves cuya sangre tuvo ausencia de estructuras parasitarias, pero fueron positivas a la PCR, pudieran estar cursando una ligera parasitemia con pocos gametocitos, esporozoitos o restos de parásitos que interrumpieron su desarrollo (Valkiūnas & lezhova, 2017). El método molecular en cambio, se basó en la detección del gen parasitario, pero no revela si los parásitos han tenido o se convertirán en una infección exitosa (Chagas *et al.*, 2016; Valkiūnas & lezhova, 2017).

## CONCLUSIÓN

El parasitismo sanguíneo se observó en las aves de ambas especies, principalmente por el género *Haemoproteus* spp. La parasitemia fue mayor en *Z. macroura* durante la época reproductiva y por tanto, la estacionalidad debe ser una variable importante para considerar en estudios que involucren el parasitismo de esta especie. Este estudio contribuye a la comprensión de la diversidad de hemoparásitos que infectan a las aves silvestres del orden Columbiforme en Durango, México. Aunque no logramos determinar la causa de las diferencias en las parasitemias calculadas, este estudio ofrece información de referencia para monitorear las poblaciones de aves en los sitios de estudio o bien, los posibles cambios futuros en los rangos y diversidad de parásitos.



## AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Juárez del Estado de Durango y la Universidad Autónoma de Nuevo León por el apoyo otorgado para la realización de este trabajo. A los revisores que, con sus comentarios enriquecieron sustancialmente este trabajo.

## LITERATURA CITADA

BENSCH S, Stjernman M, Hasselquist D, Örjan Ö, Hansson B, Westerdahl H, Torres-Pinheiro R. 2000. Host specificity in avian blood parasites: a study of *Plasmodium* and *Haemoproteus* mitochondrial DNA amplified from birds. *Proceedings of the Royal Society*. 267(1452):1583–1589. ISSN: 0370-1662.

<https://doi.org/10.1098/rspb.2000.1181>

BENSCH S, Waldenström J, Jonzen N, Westerdahl H, Hansson B, Sejberg D, Hasselquist D. 2007. Temporal dynamics and diversity of avian malaria parasites in a single host species. *Journal of Animal Ecology*. 76(1):112–122. ISSN: 1365-2656.

<https://doi.org/10.1111/j.1365-2656.2006.01176.x>

BORJI H, Moghaddas E, Razmi G, Heidarpour M, Mohri M, Azad M. 2011. Prevalence of pigeon haemosporidians and effect of infection on biochemical factors in Iran. *Journal of Parasitic Diseases*. 35: 199-201. ISSN: 0971-7196.

<https://doi.org/10.1007/s12639-011-0056-1>

CARDONA CJ, Ihejirika A, McClellan L. 2002. *Haemoproteus lophortyx* infection in bobwhite quail. *Avian Disease*. 46(1):249–255. ISSN: 1090-2449.

[https://doi.org/10.1637/0005-2086\(2002\)046\[0249:hliibq\]2.0.co;2](https://doi.org/10.1637/0005-2086(2002)046[0249:hliibq]2.0.co;2)

CARLSON J, Martínez-Gómez JE, Valkiūnas G, Loiseau C, Bell DA, Sehgal RN. 2013. Diversity and phylogenetic relationships of hemosporidian parasites in birds of Socorro Island, México and their role in the re-introduction of the Socorro Dove (*Zenaida graysoni*). *Journal of Parasitology*. 99(2):270–276. ISSN: 0022-3395.

<https://doi.org/10.1645/GE-3206.1>

CHAGAS CRF, de Oliveira-Guimarães L, Monteiro EF, Valkiūnas G, Katayama MV, Santos SV, Guida FJV, Simões RF, Kirchgatter K. 2016. Hemosporidian parasites of free-living birds in the São Paulo Zoo, Brazil. *Parasitology Research*. 115:1443–1452. ISSN: 1432-1955.

<https://doi.org/10.1007/s00436-015-4878-0>

CLARK, GW, Swinehart, B. 1969. Avian haematozoa from the offshore islands of northern Mexico. *Bulletin of the Wildlife Disease Association*. 5(2):111-112. ISSN: 0098373x.

<https://bioone.org/journalArticle/Download?fullDOI=10.7589/0090-3558-5.2.111>





DEBROCK S, Cohen E, Balasubramanian S, Marra PP, Hamer SA. 2021. Characterization of the *Plasmodium* and *Haemoproteus* parasite community in temperate-tropical birds during spring migration. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*. 15:12–21. ISSN: 22132244.

<https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2021.03.013>

DEVICHE P., Parris J. 2006. Testosterone Treatment to Free-Ranging Male Dark-Eyed Juncos (*Junco Hyemalis*) Exacerbates Hemoparasitic Infection. *The Auk*. 123(2):548–562. ISSN: 2732-4613. <https://doi.org/10.1093/auk/123.2.548>

DUBIEC A, Podmoka E, Zagalska-Neubauer M, Drobniak SM, Arct A, Gustafsson L, Cichoń M .2016. Differential prevalence and diversity of haemosporidian parasites in two sympatric closely related non-migratory passerines. *Parasitology*. 143:1320–1329. ISSN: 0031-1820. <https://doi.org/10.1017/S0031182016000779>

DUNN JC, Stockdale JE, Bradford EL, McCubbin A, Morris AJ, Grice PV, Goodman SJ, Hamer KC. 2017. High rates of infection by blood parasites during the nestling phase in UK Columbids with notes on ecological associations. *Parasitology*. 144(5):622–628. ISSN: 0031-1820. <https://doi.org/10.1017/S0031182016002274>

EBIRD. 2021. eBird: An online database of bird distribution and abundance. eBird, Cornell Lab of Ornithology, Ithaca, New York. <http://www.ebird.org>

EL-MANSI AA, El-Bealy EA, Rady A M, Abumandour M A, El-Badry DA. 2021. Macro- and microstructures of the digestive tract in the Eurasian collared dove, *Streptopelia decaocto* (Frivaldszky 1838): Adaptive interplay between structure and dietary niche. *Microscopy Research and Technique*. ISSN: 1097-0029. <https://doi.org/10.1002/jemt.23843>

FERREIRA L, Silva-Torres C, Torres J, Venette R. 2021. Potential displacement of the native *Tenuisvalvae notata* by the invasive *Cryptolaemus montrouzieri* in South America suggested by differences in climate suitability. *Bulletin of Entomological Research*. 1–11. ISSN: 1475-2670. <https://doi.org/10.1017/S000748532100033X>

FOKIDIS HB, Greiner EC, Deviche P. 2008. Interspecific variation in avian blood parasites and haematology associated with urbanization in a desert habitat. *Journal of Avian Biology*. 39:300–310. ISSN: 1600-048X. <https://doi.org/10.1111/j.0908-8857.2008.04248.x>

FORONDA P, Valladares B, Rivera-Medina JA, Figueruelo E, Abreu N, Casanova JC. 2004. Parasites of *Columba livia* (Aves: Columbiformes) in Tenerife (Canary Islands) and their role in the conservation biology of the Laurel pigeons. *Parasite*. 11(3):311–316. ISSN: 1776-1042. <https://doi.org/10.1051/parasite/2004113311>



GODFREY RD, Fedynich AM, Pence DB. 1987. Quantification of hematozoa in blood smears. *Journal of Wildlife Disease*. 23:558–565. ISSN: 0090-3558.  
<https://doi.org/10.7589/0090-3558-23.4.558>

GREEN AW, Sofaer HR, Otis DL, Van Lanen NJ. 2020. Co-Occurrence and Occupancy of Mourning Doves and Eurasian Collared-Doves. *The Journal of Wildlife Management*. 84(4):775-785. ISSN: 1937-2817. <https://doi.org/10.1002/jwmg.21835>

GUPTA DK, Jahan N, Gupta N. 2011. New records of *Haemoproteus* and *Plasmodium* (Sporozoa: Haemosporida) of rock pigeon (*Columba livia*) in India. *Journal of Parasitic Diseases*. 35:155–168. ISSN: 0975-0703. <https://doi.org/10.1007/s12639-011-0044-5>

HAM-DUEÑAS, JG., Chapa-Vargas L, Stracey CM, Huber-Sannwald E. 2017. Haemosporidian prevalence and parasitaemia in the Black-throated sparrow (*Amphispiza bilineata*) in central-Mexican dryland habitats. *Parasitology Research*. 116: 2527–2537. ISSN: 1432-1955. <https://doi.org/10.1007/s00436-017-5562-3>

HAWKINS S, Garner MM, Hartup BK. 2021. Neoplasia in captive cranes. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 52(2):689–697. ISSN: 1937-2825.  
<https://doi.org/10.1638/2020-0180>

HELLARD E, Cumming GS, Caron A, Coe E, Peters JL. 2016. Testing epidemiological functional groups as predictors of avian haemosporidia patterns in southern Africa. *Ecosphere*. 7(4):1–17. ISSN: 2150-8925. <https://doi.org/10.1002/ecs2.1225>

HELLGREN O, Waldenstrom J, Bensch S. 2004. A new PCR assay for simultaneous studies of *Leucocytozoon*, *Plasmodium*, and *Haemoproteus* from avian blood. *Journal of Parasitology*. 90(4):797–802. ISSN: 0022-3395. <https://doi.org/10.1645/ge-184r1>

HERNANDEZ-COLINA A., Gonzalez-Olvera M, Lomax E, Townsend F, Maddox A, Hesson JC, Sherlock K, Ward D, Eckley L, Vercoe M, Lopez J, Baylis M. 2021. Blood-feeding ecology of mosquitoes in two zoological gardens in the United Kingdom. *Parasites Vectors*. 14(249). ISSN: 1756-3305. <https://doi.org/10.1186/s13071-021-04735-0>

HEYM EC, Kampen H, Krone O, Schäfer M, Werner D. 2019. Molecular detection of vector-borne pathogens from mosquitoes collected in two zoological gardens in Germany. *Parasitology Research*. 118(3):2097–2105. ISSN: 1432-1955.  
<https://doi.org/10.1007/s00436-019-06327-5>



HUANG X, Huang D, Liang Y, Zhang L, Yang G, Peng Y, Deng W, Dong L. 2020. A new protocol for absolute quantification of haemosporidian parasites in raptors and comparison with current assays. *Parasites Vectors*. 13:354. ISSN: 1756-3305. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04195-y>

INUMARU M, Yamada A, Shimizu M, Ono A, Horinouchi M, Shimamoto T, Tsuda Y, Murata K, Sato Y. 2021. Vector incrimination and transmission of avian malaria at an aquarium in Japan: mismatch in parasite composition between mosquitoes and penguins. *Malaria Journal*. 20(136). ISSN: 14752875. <https://doi.org/10.1186/s12936-021-03669-3>

KNOWLES SCL, Palinauskas V, Sheldon BC. 2010. Chronic malaria infections increase family inequalities and reduce parental fitness: experimental evidence from a wild bird population. *Journal of Evolutionary Biology*. 23(3):557–569. ISSN: 1420-9101. <https://doi.org/10.1111/j.1420-9101.2009.01920.x>

KOENIG WD. 2020. What are the competitive effects of invasive species? Forty years of the Eurasian collared-dove in North America. *Biological Invasions*. 22:3645–3652. ISSN: 1573-1464. <https://doi.org/10.1007/s10530-020-02350-1>

LEE KA, Martin LB, Hasselquist D, Ricklefs RE, Wikelski M. 2006. Contrasting adaptive immune defenses and blood parasite prevalence in closely related Passer sparrows. *Oecologia*. 150:383–392. ISSN: 1432-1939. <https://doi.org/10.1007/s00442-006-0537-6>

LEGA J, Brown HE, Barrera R. 2017. *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) abundance model improved with relative humidity and precipitation-driven egg hatching. *Journal of medical entomology*. ISSN: 00222585. 54(5):1375-1384. <https://doi.org/10.1093/jme/tjx077>

LOISEAU C, Harrigan RJ, Cornel AJ, Guers SL, Dodge M, Marzec T, Carlson JS, Seppi B, Ravinder NM. 2012. First Evidence and Predictions of *Plasmodium* Transmission in Alaskan Bird Populations. *Plos One*. ISSN: 1932-6203. <https://dx.doi.org/10.1371/journal.pone.0044729>

LONGMIRE JL, Lewis AK, Brown NC, Buckingham JM, Clark LM, Jones MD, Meincke LJ, Meyne J, Ratliff RL, Ray FA, Wagner RP, Moyzis RK. 1988. Isolation and molecular characterization of a highly polymorphic centromeric tandem repeat in the family Falconidae. *Genomics*. 2(1):14–24. ISSN: 0888-7543. [https://doi.org/10.1016/0888-7543\(88\)90104-8](https://doi.org/10.1016/0888-7543(88)90104-8)



LYNTON-JENKINS JG, Bründl AC, Cauchoix M, Lejeune LA, Sallé L, Thiney AC, Russell AF, Chaine AS, Bonneaud C. 2020. Contrasting the seasonal and elevational prevalence of generalist avian haemosporidia in co-occurring host species. *Ecology and evolution*. 10(12):6097–6111. ISSN: 2045-7758.

<https://doi.org/10.1002/ece3.6355>

MARTÍNEZ-PÉREZ P, Hyndman TH, Fleming PA, Vaz PK, Ficorilli NP, Wilks CR. 2021. A widespread novel gammaherpesvirus in apparently healthy wild quokkas (*Setonix brachyurus*): a threatened and endemic wallaby of western Australia. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 52(2):592–603. ISSN: 1937-2825.

<https://doi.org/10.1638/2020-0029>

MURIEL, J. 2020. Evaluación ecofisiológica de las infecciones por hemosporidios sanguíneos en aves. *Ecosistemas*. 29(2):1979. ISSN: ISSN 1697-2473.

<https://doi.org/10.7818/ECOS.1979>

NATH T, Bhuiyan M, Alam M. 2014. A study on the presence of leucocytozoonosis in pigeon and chicken of hilly districts of Bangladesh. *Biological Sciences and Pharmaceutical Research*. 2(2): 13–18. ISSN: 2350-1588.

<https://journalissues.org/ibspr/wp-content/uploads/sites/6/2014/02/Nath-et-al.pdf>

NEBEL C, Harl J, Pajot A, Weissenböck H, Amar A, Sumasgutner P. 2020. High prevalence and genetic diversity of *Haemoproteus columbae* (Haemosporida: Haemoproteidae) in feral pigeons *Columba livia* in Cape Town, South Africa. *Parasitology Research*. 119:447–463. ISSN: 1432-1955.

<https://doi.org/10.1007/s00436-019-06558-6>

NODEN, BH, Bradt, DL, Sanders, JD. 2021. Mosquito-borne parasites in the Great Plains: searching for vectors of nematodes and avian malaria parasites. *Acta Tropica*. 213:105735. ISSN:0001-706X.

<https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2020.105735>

OTIS DL, Schulz JH, Miller D, Mirarchi RE, Baskett TS. 2020. Mourning Dove (*Zenaidura macroura*), version 1.0. En *Birds of the World* (A. F. Poole, Editor). Cornell Lab of Ornithology, Ithaca, NY, USA. <https://doi.org/10.2173/bow.moudov.01>

PALINAUSKAS V, Valkunias G, Bolshakov CV, Bensch S. 2011. *Plasmodium relictum* (lineage SGS1) and *Plasmodium ashfordi* (lineage GRW2): The effects of the co-infection on experimentally infected passerine birds. *Experimental Parasitology*. 127(2):527–33. ISSN: 00144894. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2010.10.007>



PATERSON S, Lello J .2003. Mixed models: getting the best use of parasitological data. *Trends in Parasitology*. 19:370–375. ISSN: 1471-5007.  
[https://doi.org/10.1016/s1471-4922\(03\)00149-1](https://doi.org/10.1016/s1471-4922(03)00149-1)

QUIAGEN. 2021. DNeasy Blood & Tissue Kits Handbook.  
<https://www.qiagen.com/us/resources/resourcedetail?id=68f29296-5a9f-40fa-8b3d-1c148d0b3030&lang=en>

R CORE TEAM (4.0.5). 2021. [Software]. R: A language and environment for statistical computing. Vienna, Austria: R Foundation for Statistical Computing. <https://www.R-project.org/>

REICZIGEL J, Marozzi M, Fábíán I, Rózsa L. 2019. Biostatistics for parasitologists – a primer to Quantitative Parasitology. *Trends in Parasitology*. 35(4)277–281. ISSN: 1471-5007. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2019.01.003>

REINOSO-PÉREZ MT, Canales-Delgadillo JC, Chapa-Vargas L, Riego-Ruiz L .2016. Haemosporidian parasite prevalence, parasitemia, and diversity in three resident bird species at a shrubland dominated landscape of the Mexican highland plateau. *Parasites Vectors*. 9:307. ISSN: 1756-3305.  
<https://doi.org/10.1186/s13071-016-1569-3>

ROCHA SL, Guimarães JP, Barbosa De Oliveira, CY, Nader C. 2021. Current status of Brazilian scientific production on non-native species. *Ethology Ecology & Evolution*. ISSN: 0394-9370. <https://doi.org/10.1080/03949370.2020.1870570>

RÓZSA L, Reiczigel J, Majoros G. 2000. Quantifying parasites in samples of hosts. *Journal of Parasitology*. 86:228–232. ISSN: 0022-3395. [https://doi.org/10.1645/0022-3395\(2000\)086\[0228:qpisoh\]2.0.co;2](https://doi.org/10.1645/0022-3395(2000)086[0228:qpisoh]2.0.co;2)

SALAZAR-BORUNDA MA, Martínez-Guerrero JH, Pereda-Solís ME, Delgado-León T, Sierra-Franco D. 2019. Phenotypic variation in eurasian collared dove (*Streptopelia decaocto* Frivaldszky) in Durango, Mexico. *AgroProductividad*. 12(10). ISSN: 2594-0252. <http://dx.doi.org/10.32854/agrop.vi0.1461>

SANTIAGO-ALARCÓN D, Carbó-Ramírez P. 2015. Parásitos sanguíneos de malaria y géneros relacionados (Orden: Haemosporida) en aves de México: recomendaciones metodológicas para campo y laboratorio. *Ornitología Neotropical*. 26(1):59–77. ISSN 1075–4377. <https://journals.sfu.ca/ornneo/index.php/ornneo/article/view/13>



SCHUMM, YR, Bakaloudis D, Barboutis C, Cecere JG, Eraud C, Fischer D, Hering J, Hillerich K, Lormée H, Mader V, Masello JF, Metzger B, Rocha G, Spina F, Quillfeldt, P. 2021. Prevalence and genetic diversity of avian haemosporidian parasites in wild bird species of the order Columbiformes. *Parasitology Research*. 120(4):1405-1420. ISSN: 1432-1955. <https://doi.org/10.1007/s00436-021-07053-7>

STARKLOFF NC, Turner WC, FitzGerald AM, Oftedal MC, Martinsen ES, Kirchman JJ. 2021. Disentangling the effects of host relatedness and elevation on haemosporidian parasite turnover in a clade of songbirds. *Ecosphere*. 12(5): e03497. ISSN: 2150-8925.

<https://doi.org/10.1002/ecs2.3497> <https://doi.org/10.1002/ecs2.3497>

STILMMELMAYR R, Stefani LM, Thrall MA, Landers K, Revan F, Miller A, Beckstead R, Gerhold R. 2012. Trichomonosis in free-ranging Eurasian collared doves (*Streptopelia decaocto*) and African collared dove hybrids (*Streptopelia risoria*) in the Caribbean and description of ITS -1 region genotypes. *Avian Diseases*. 56(2):451–455. ISSN: 0005-2086. <https://doi.org/10.1637/9905-082311-case.1>

TAVASSOLI M, Esmailnejad B, Malekifard F, Mardani K. 2018. PCR-RFLP detection of Haemoproteus spp. (Haemosporida: Haemoproteidae) in pigeon blood samples from Iran. *Bulgarian Journal of Veterinarian Medicine*. 21(4):429–435. ISSN: 1311-1477. <https://doi.org/10.15547/bjvm.2014>

VALKIŪNAS G, Iezhova TA. 2017. Exo-erythrocytic development of avian malaria and related haemosporidian parasites. *Malaria Journal*. 16(1):1–24. ISSN: 14752875. <https://doi.org/10.1186/s12936-017-1746-7>

VALKIŪNAS G, Iezhova TA. 2018. Keys to the avian malaria parasites. *Malaria Journal*. 17(1):1-24. ISSN: 1475-2875. <https://doi.org/10.1186/s12936-018-2359-5>

VENABLES WN, Ripley BD. 2002. *Modern Applied Statistics with S*, Fourth edition. Springer, New York. ISBN 0-387-95457-0. <https://www.stats.ox.ac.uk/pub/MASS4/>

VILLALVA-PASILLAS D, Medina JP, Soriano-Vargas E, Martínez-Hernández DA, García-Conejo M, Galindo-Sánchez KP, Sánchez-Jasso JM, Martín-Talavera-Rojas M, Salgado-Miranda C. 2020. Haemoparasites in endemic and non-endemic passerine birds from central Mexico highlands. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*. 11:88–92. ISSN: 2213-2244. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2019.12.007>

WHITE EM, Greiner EC, Bennett GF, Herman CM. 1978. Distribution of hematozoa of Neotropical birds. *Revista de Biología Tropical*. 1: 43–102. ISSN: 0034-7744. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/108771/>



WILEY-BLACKWELL, New York. USA. ISBN: 978-1-444-31619-3.  
<https://www.wiley.com/en-us/Atlas+of+Clinical+Avian+Hematology-p-9781444316193>

WOOD MJ, Cosgrove CL, Wilkin TA, Sknowles C, Day KP, Sheldon BC. 2007. Within-population variation in prevalence and lineage distribution of avian malaria in blue tits, *Cyanistes caeruleus*. *Molecular Ecology*. 16(15):3263–3273. ISSN: 0962-1083.  
<https://doi.org/10.1111/j.1365-294x.2007.03362.x>

YANGA S, Martinez-Gomez JE, Sehgal RNM, Escalante P, Camacho FC, Bell DA. 2011. A preliminary survey for avian pathogens in Columbiformes birds on Socorro Island, Mexico. *Pacific Conservation Biology*. 17(1):11–20. ISSN: 1038-2097.  
<https://doi.org/10.1071/PC110011>

YOSHIMOTO M, Ozawa K, Kondo H, Echigoya Y, Shibuya H, Sato Y, Sehgal RN. 2021. A fatal case of a captive snowy owl (*Bubo scandiacus*) with *Haemoproteus* infection in Japan. *Parasitology Research*. 120(1):277–288. ISSN: 1432-1955.  
<https://doi.org/10.1007/s00436-020-06972-1>